Iranian Journal of Horticultural Science
Vol 53, No 2, Summer 2022 (521-530)
DOI: 10.22059/ijhs.2021.308053.1831

علوم باغبانی ایران
دورۀ ۵۳، شمارۀ ۲، تابستان ۱۴۰۱ (ص ۵۳۰-۵۲۱)

نشریه پژوهشی:

تاثیر دو گونه قارچ مایکوریزا بر جذب یونی و ویژگی‌های مورفوفیزیولوژیکی گلوکسینا (*Sinningia speciosa* (Lodd.) Hiern.)

محمد موذنی[۱]، سعید ریزی[۲*] و مسعود قاسمی قهساره[۲]
۱ و ۲. کارشناسی ارشد و استادیار، دانشکده کشاورزی، دانشگاه شهرکرد، شهرکرد، ایران
(تاریخ دریافت: ۱۳۹۹/۵/۲۸ - تاریخ پذیرش: ۱۴۰۰/۸/۲۲)

چکیده

این تحقیق با هدف بررسی اثر همزیستی مایکوریزایی بر جذب عناصر و شاخص‌های مورفولوژی و فیزیولوژی گلوکسینیا انجام شد. بستر گیاهان حاوی صفر (شاهد)، ۸ و ۱۶ درصد حجمی از *Glomus hoei* و *Glomus intraradices* (GH8، GI8، GH16، GI16) بودند. در پایان آزمایش، سطح برگ، تعداد برگ، قطر گل، تعداد گل، وزن تر و خشک اندام هوایی، غده و ریشه، طول ریشه، حجم ریشه، میزان کلروفیل، کاروتنوئید و عناصر N، P، K، Mn، Fe و Mg برگ اندازه‌گیری شدند. تفاوت معنی‌داری بین تیمارها در تعداد و قطر گل، وزن تر اندام هوایی، غده و ریشه، مقدار کلروفیل b و کاروتنوئید مشاهده نشد. تیمار GI16 بیشترین میزان عناصر N و Mn و کمترین میزان Mg و تیمار GH16 بیشترین میزان P و K را نشان داد. بیشترین و کمترین جذب Fe به‌ترتیب در GH8 و GI8 مشاهده شد. تیمار شاهد کمترین میزان N، P، K و Mn و بیشترین میزان Mg را نشان داد، ولی تیمارهای دارای میکوریزا کمترین مقدار Mg و در نتیجه کمترین میزان کلروفیل a و کلروفیل کل داشتند. گیاهان شاهد در شاخص‌های سطح برگ، تعداد برگ، طول ریشه، حجم ریشه و وزن خشک تفاوت معنی‌دار و عملکرد بهتری نسبت به تیمارهای مایکوریزایی داشتند، بنابراین به نظر می‌رسد که *G. hoei* و *G. intraradices* نمی توانند با گلوکسینیا همزیستی موفقیت‌آمیزی تشکیل دهند.

واژه‌های کلیدی: سینرژیسم، فسفر، گلخانه، منیزیم، همزیستی.

Effect of two mycorrhizal fungi species on ionic competition and morphophysiological characteristics of gloxinia (*Sinningia speciosa* (Lodd.) Hiern.)

Mohammad Moazzeni[1], Saeed Reezi[2*] and Masoud Ghasemi Ghehsareh[2]
1, 2. M. Sc. and Assistant Professor, Faculty of Agriculture, Shahrekord University, Shahrekord, Iran
(Received: Aug. 18, 2020- Accepted: Nov. 13, 2021)

ABSTRACT

This research was established to evaluate the effect of mycorrhizal symbiosis on nutritional elements absorption, morphological and physiological traits of gloxinia. Plants substrate was containing of zero (control), 8 and 16 V/V of *Glomus hoei* and *Glomus intraradices* (GI16, GH16, GI8, GH8). At the end of the experiment, leaf area, number of leaves, flower diameter, number of flowers, fresh and dry weight, chlorophyll and carotenoid content and amounts of N, P, K, Mn, Fe and Mg were measured. No significantly differences were observed between treatments in flower number and diameter, fresh weight, chlorophyll b and carotenoid contents. GI16 treatment had the highest amounts of N and Mn and the lowest amounts of Mg, and GH16 exhibited the highest amounts of P and K content. The highest and lowest Fe was absorbed tin GH8 and GI8, respectively. The control treatment showed the lowest amounts of N, P, K and Mn, however it had the highest Mg, but mycorrhizal treatments had the lowest Mg and thereby the lowest contents of chlorophyll a and total chlorophyll. Control plants showed a better growth and significantly differences than mycorrhizal treatments in traits such as leaf area, number of leaves, root length, root volume and dry weight, therefore, it can be concluded that *G. hoei* and *G. intraradices* cannot form a successful symbiosis.

Keywords: Greenhouse, magnesium, phosphorus, symbiosis, synergism.

* Corresponding author E-mail: sreezi57@yahoo.com

مقدمه

گلوکسینیا (*Sinningia speciosa* (Lodd.) Hiern.) یک گیاه زینتی محبوب از تیره Gesneriaceae با گلهای جذاب در رنگ‌های مختلف است. گیاهی است علفی بومی برزیل، که به کمبود آب و مواد غذایی حساس است (Dole & Wilkins, 2007). حدود ۹۰ درصد گیاهان گلدار امکان تشکیل همزیستی با قارچ مایکوریزا دارند (Zhu *et al*., 2010; Liu *et al*., 2014)، هرچند که امروزه جایگزین شدن ارقام وحشی با ارقام اصلاح شده از قابلیت گیاهان برای ایجاد پاسخ مثبت نسبت به مایکوریزا کاسته است (Lehmann *et al*., 2012; Sawers *et al*., 2018) و بهنژادی‌های بیش از حد و استفاده خیلی زیاد از نهاده‌های کشاورزی مثل کود برای دستیابی به حداکثر عملکرد، حداکثر ظرفیت بهره‌وری از قارچ مایکوریزا و نظام کشاورزی پایدار را کاهش داده است (Martín-Robles *et al*., 2018). قارچ‌های مایکوریزا متشکل از هیف، مایوریزا و واکوئل‌هایی درون ریشه و نیز هیف و اسپورهایی درون خاک هستند که با تشکیل شبکه‌ای از هیف در ریزوسفر گیاه نه تنها به رشد، عمکرد و کیفیت بهتر گیاهان کمک می‌کند (Bowles *et al*., 2016; Rozpadek *et al*., 2016)، بلکه ویژگیهای فیزیکی و شیمیایی خاک و جذب عناصر را بهبود می‌دهد (Chatzistathis *et al*., 2013; Baum *et al*., 2015). همزیستی قارچ مایکوریزا با گیاهان رشد، نمو و استقرار گیاهان را با افزایش جذب عناصر بوسیله افزودن به سطح جذب، متحرک ساختن منابع عناصر، محافظت ریشه در برابر عوامل بیماری‌زای خاک، افزایش تحمل نسبت به تنش‌های محیطی و کاهش بروز بیماری تحریک می‌کند (Guhr *et al*., 2015; Worrich *et al*., 2017). بهره بردن از این مزایای همزیستی بدون تامین کربن برای مایکوریزا حاصل نمی‌شود (Sawers *et al*., 2017). گیاهان می‌بایست برای حمایت از رشد مایکوریزا کربوهیدرات و لیپیدهای مورد نیاز آن‌ها را تامین کنند (Rich *et al*., 2017; Roth & Paszkowski, 2017; Keymer & Gutjahr, 2018; Lanfranco *et al*., 2018). بسترهای مبتنی بر پیت‌ماس به‌طور رایج برای تولید محصولات باغبانی مورد استفاده قرار گرفته‌اند و مطابق تحقیقات قبلی پیت‌ماس می‌تواند برای تشکیل، توسعه رشد، اثربخشی قارچ مایکوریزا و همین‌طور رشد گیاه مناسب باشد (Wang *et al*., 1993; Ponton *et al*., 1990). استفاده از قارچ‌های مایکوریزا می‌تواند باعث افزایش شاخص کمیت و کیفیت شاخص‌های زایشی و رویشی شود (Shabani *et al*., 2018)، همچنین گزارش شده است که تلقیح بستر کاشت با قارچ‌های مایکوریزا می‌تواند به‌طور قابل‌توجهی وضعیت تغذیه‌ای گیاه گلدانی لیزیانتوس را بهبود بخشد و همچنین باعث بهبود شاخص‌های رویشی و زایشی شود (Farrokhvand *et al*., 2020). در آزمایشی که به‌منظور بررسی اثر ترکیبی از گونه‌های Glomus بر رشد و گلدهی دو رقم گیاه گلوکسینیا انجام گرفت، نتایج نشان داد همزیستی با قارچ مایکوریزا موجب افزایش تعداد جوانه گل نسبت به شاهد شد اما تعداد برگ، قطر گیاه و ارتفاع گیاه تفاوت معنی‌داری با شاهد نداشت (Janowska *et al*., 2016).

هدف این مطالعه بررسی جذب عناصر و تغییرات فیزیولوژیکی و مورفولوژیکی گیاه گلدانی *Sinningia speciosa* در همزیستی با قارچ مایکوریزای *Glomus hoei* و *Glomus intraradices* است

مواد و روش‌ها

این آزمایش در گلخانه‌های تحقیقاتی دانشگاه شهرکرد از شهریور تا اسفند ۱۳۹۷ انجام گرفت. بذرهای F1 گلوکسینیا (Brocade blue) با هیپوکلریت سدیم ۵٪ به مدت سه دقیقه استریل و پنج مرتبه با آب مقطر شسته شدند و سپس در سینی‌های ۲۸۸تایی حاوی پیت‌ماس استریل شده کاشته شدند. این پژوهش در طرح کاملا تصادفی با ۵ تکرار انجام گرفت. قارچ مایکوریزا (تهیه شده از کلینیک گیاهپزشکی ارگانیک، اسدآباد) به‌صورت حجمی ۸ درصد (GH8) *G. hoei*، ۸ درصد (GI8) *G. intraradices*، ۱۶ درصد (GH16) *G. hoei* و ۱۶ درصد (GI16) *G. intraradices* به‌طور یکنواخت با بستر کاشت قبل از انتقال گیاهچه‌ها ترکیب شدند (جدول ۲). از بستر GI16 اتوکلاو شده (در ۱۲۰ درجه سانتی‌گراد به مدت ۲۰ دقیقه) برای

تیمار غیر مایکوریزایی (به عنوان شاهد) استفاده شد. دانهال‌های با چهار برگ توسعه یافته در گلدان‌هایی با قطر ۱۲ سانتی‌متر حاوی پیت‌ماس و پرلیت متوسط استریل شده با pH=۵/۵ و EC=۱ mmhose (۱:۱) کشت شدند که به آن مایه تلقیح قارچی حاوی اسپور، هیف و ریسه‌های مایکوریزایی (۱۲۰ اسپور در گرم) *Glomus hoei* و *Glomus intraradices* از بستر ماسه‌ای ریزوسفر ذرت (*Zea mays* L.) افزوده شده بود (جدول ۲). گیاهان در گلخانه‌ای با دمای شبانه/روز ۲۳/۱۸ درجه سلسیوس، رطوبت نسبی ۷۰ درصد و فتوپریود ۱۲ ساعته قرار گرفتند. آبیاری ۳ روز یکبار و تغذیه با کود محلول (جدول ۳) ۱۵۰۰ پی‌پی‌ام (N:P:K ؛۱۷:۵:۱۷ + عناصر میکرو) به میزان نیاز (بر اساس راهنمای کشت هر ۱۲ روز یکبار) انجام می‌گرفت.

جدول ۱. عناصر بستر کاشت مورد استفاده.

Table 1. Elements of the applied substrate.

Element	Mg	K	P	N
Concentration (mg/l)	100	180	160	140

جدول ۲. تیمارهای مایکوریزایی و سطوح آن‌ها.

Table 2. Mycorrhizal treatments and their levels.

Treatments	Levels (V/V)	Abbreviation
Glomus hoei	8%	GH8
	16%	GH16
Glomus intraradices	8%	GI8
	16%	GI16
Control	0%	Control

جدول ۳. میزان عناصر موجود در کود مورد استفاده.

Table 3. The amount of nutritional elements in applied fertilizer.

Element	Fe	Mn	Zn	Mg	Ca	B	K_2O	P_2O_5	N
Percent	0.002	0.002	0.002	0.001	0..001	0.001	17	5	17

اندازه‌گیری‌های فیزیولوژیکی

پس از گذشت ۱۵۰ روز از انتقال گیاهان به گلدان‌های حاوی قارچ مایکوریزا و شاهد، برای سنجش محتوای کلروفیل و کاروتنوئید، ۰/۵ گرم برگ تازه از هر گیاه به‌صورت تصادفی با ۱۰ میلی‌لیتر استون ۸۰٪ عصاره‌گیری شد و میزان کلروفیل و کاروتنوئید با استفاده از اسپکروفتومتر (PG instrument T80+) در طول موج ۴۷۰، ۶۴۶، ۶۶۳ نانومتر طبق روش Lichtenthaler & Welburn (1983) تعیین شد.

میزان کلون‌سازی مایکوریزایی

۵۰ روز پس از انتقال گیاهان به بستر حاوی قارچ مایکوریزا،برای تعیین میزان کلون‌سازی مایکوریزا با شفاف‌سازی نمونه ریشه‌ها با KOH ۱۰ درصد (W/V) و هیدروژن پراکسید (۱۰٪ V/V) و رنگ‌آمیزی با تریپان بلو (۰/۰۵ W/V، در لاکتوگلیسرول) با اندکی تغییرات در روش Philips & Hayman (1970)، با جایگذاری لاکتوفنول با لاکتوگلیسرین نمونه برای مشاهده زیر میکروسکوپ آماده شد سپس درصد کلونیزاسیون قارچ مایکوریزا زیر میکروسکوپ (Olympus CX21) در بزرگنمایی ۱۰۰X با روش خطوط مشبک (Giovannetti & Mosse, 1980) تخمین زده شد.

میزان عناصر برگ

غلظت فسفر برگ پس از هضم تر با اسید کلریدریک ۲ نرمال به روش مولیبدات-آبی (Murphy & Riley, 1962) بهبود یافته توسط Watanabe & Olsen (1965) با استفاده از اسپکتروفتومتر (PG instrument T80+) اندازه‌گیری شد. غلظت Mg، Mn و Fe برگ از طریق جذب اتمی اسپکترومتری (AAS model G.B.C 932, G.B.C. Melbourne, Australia) تعیین شد. K برگ با روش فلیم فتومتری (Bansal & Kappor, 2000) و میزان N برگ با روش کجلدال بدست آمد.

اندازه‌گیری‌های مورفولوژیکی

۱۵۰ روز پس از همزیستی، ویژگی‌های مورفولوژیکی شامل تعداد برگ، سطح برگ، قطر گل، تعداد گل، وزن تر و خشک اندام هوایی، وزن تر و خشک ریشه، وزن تر و خشک غده، طول ریشه و حجم ریشه اندازه-گیری شدند. خشک کردن گیاه جهت اندازه‌گیری وزن خشک در دمای ۷۲ درجه سانتی‌گراد به مدت ۲۴ ساعت در آون انجام گرفت. سطح برگ گیاهان با استفاده از نرم افزار Digimizer V 5.4.6 اندازه‌گیری شد.تجزیه واریانس (ANOVA) داده‌ها با نرم افزار

SPSS (SPSS 15.0, SPSS Inc.) انجام و میانگین‌ها با آزمون توکی در سطح $p \leq ۰/۰۵$ مقایسه شدند.

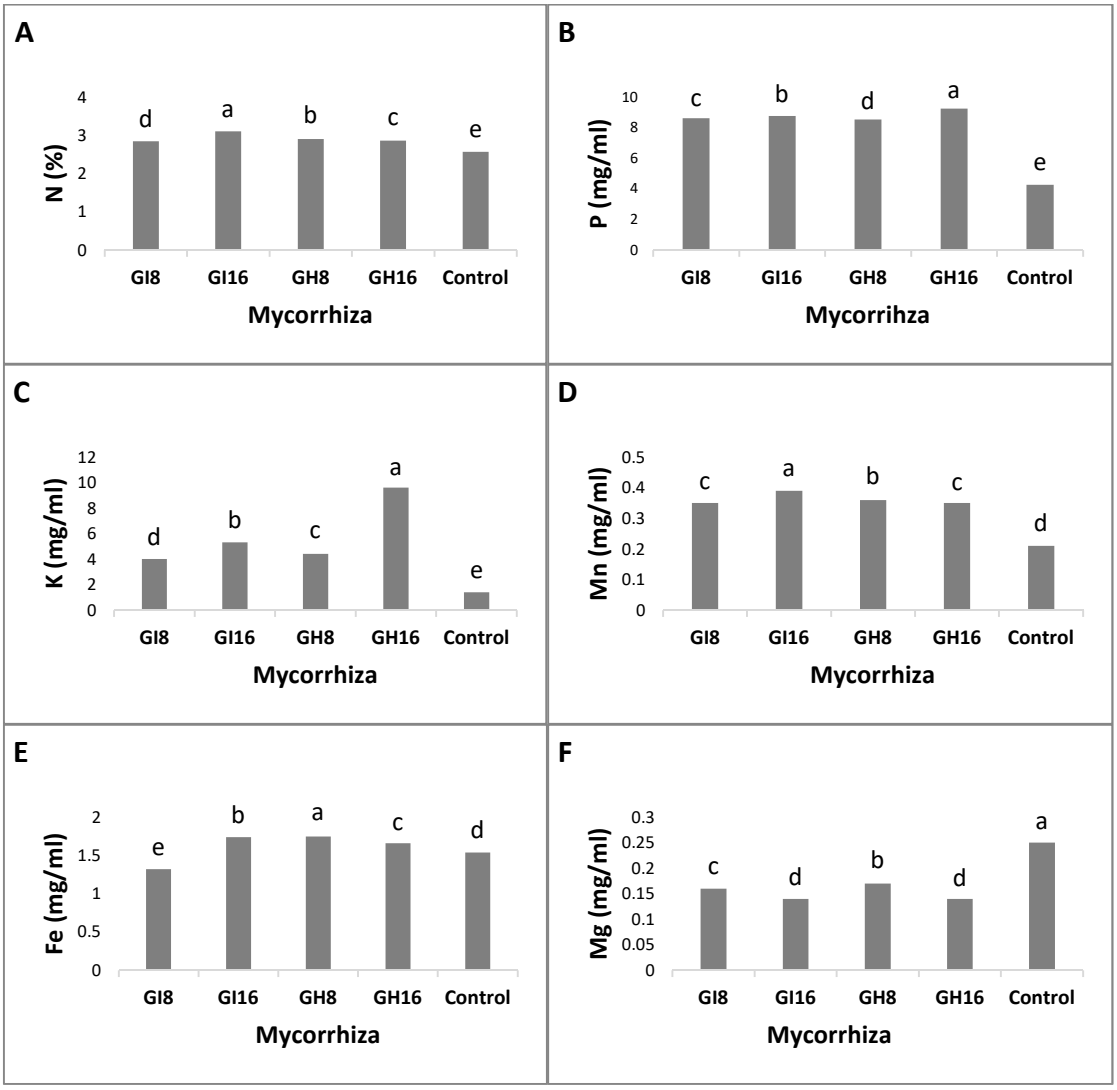
نتایج و بحث

به‌طور کلی، گیاهان تلقیح نیافته کلونیزاسیون نداشتند. تیمارهای GH8، GH16 و GI16 به میزان زیادی ریشه‌ها را آلوده کرده بودند، اما GI8 همزیستی ضعیفی با ریشه‌های *Sinningia speciosa* نشان داد (جدول ۴). در آزمایشاتی که گیاهان به میزان کافی آبیاری شده‌اند (عدم وجود تنش)، درصد کلونیزاسیون بالایی گزارش شده است (Wu & Xia, 2006). درصد کلونیزاسیون کمتر GI8 احتمالا به علت تنوع رفتاری گونه‌های قارچ مایکوریزا حتی در شرایط محیطی مشابه می‌باشد (Gholamhoseini, 2013).

براساس نتایج، تیمارهای GI16 و شاهد به‌ترتیب بیشترین و کمترین میزان N برگ را نشان دادند. همچنین گیاهان تیمار شده با GH16 بیشترین میزان P و K برگ را نشان دادند، در حالی‌که میزان عناصر K و P در گیاهان شاهد (نسبت به سایر تیمارها) کاهش یافتند (شکل ۱). پژوهش‌های متعددی نشان داده‌اند که قارچ مایکوریزا می‌تواند جذب عناصر را با توسعه شبکه هیف و تولید آنزیم‌های مختلف بهبود دهد (Marchner & Dell, 1994; Miransari *et al*., 2009) و تلقیح گیاهانی همچون ذرت با قارچ مایکوریزا، جذب P را نسبت به گیاهان غیر مایکوریزایی به‌طور کارآمدتری افزایش دادند (Smith & Gianinazzi-Pearson, 1988; Asmah, 1995). دو فرآیند محتمل که در آن جذب فسفر در همزیستی گیاه با قارچ مایکوریزا می‌تواند افزایش پیدا کند عبارتند از ۱) کاوش حجم بیشتر خاک توسط هیف گسترده قارچ و ۲) انتشار CO_2 در خاک در اثر قارچ مایکوریزا که خود باعث افزایش زیست توده میکروبی تشکیل دهنده H_2CO_3 در محلول خاک می‌شود. اسید ضعیف حاصله مواد معدنی اولیه حاوی P را متلاشی و حل می‌کند که به موجب آن در دسترس بودن P را افزایش می‌دهد (Subramanian *et al*., 2006).

جذب N برگ در گیاهان پرورش یافته در بستر تلقیح شده با مایکوریزا در مقایسه با تیمار شاهد افزایش پیدا کرد (شکل ۱). گزارش شده است که قارچ‌های مایکوریزا با افزایش تجزیه مواد آلی، N به‌دست می‌آورند (Hodge *et al*, 2001; Goussous & Mohammad, 2009). نتایج حاصل از این آزمایش نشان دادند که جذب Kدر همزیستی با قارچ مایکوریزا افزایش یافت که موافق با سایر پژوهش‌هایی است که بیانگر افزایش جذب K در همزیستی مایکوریزایی می‌باشد (Giri *et al*., 2007; Kaldorf *et al*., 1999; Perner *et al*., 2007; Baslam *et al*., 2013)، که می‌تواند به دلیل تجمع شدید K در اسپور (Pallon *et al*., 2007)، هیف (Olsson *et al*., 2008) و کیسه‌ها (Olsson *et al*., 2011) در قارچ مایکوریزا و انتقال به گیاه باشد. افزون بر این، افزایش غلظت K می‌تواند نتیجه افزایش دسترسی به P در اثر فعالیت قارچ مایکوریزا باشد. یک رابطه سینرژیستی (هم‌افزایی) بین P و K طی همزیستی مایکوریزایی گزارش شده است (Cardoso & Kuper, 2006). همچنین، Olsson *et al*. (2011) یک همبستگی قوی بین K و P گزارش نمودند که در آن اسپورهای غنی از P موجب افزایش میزان K شد. پیشنهاد شده است که افزایش جذب N و K می‌تواند به اثر مستقیم قارچ مایکوریزا و یا در دسترس بودن بهتر P که می‌تواند موجب افزایش رشد گیاهان تلقیح یافته با مایکوریزا و بنابراین، افزایش جذب N و K به‌عنوان یک پیامد غیر مستقیم همزیستی با قارچ مایکوریزا نسبت داده شود (Stavros *et al*., 2011). همچنین مشاهده شده است در گیاهان همزیست نسبت به گیاهان تلقیح نیافته با *Glomus intraradices* جذب بیشتر N و K موجب افزایش جذب P شدند (Stravos *et al*., 2011).

بیشترین میزان Mn برگ در تیمار GI16 و کمترین آن در گیاهان شاهد مشاهده شد. GH8 و GI8 به‌ترتیب بیشترین و کمترین مقادیر Fe برگ را نشان دادند. افزون بر این، بیشترین میزان Mg برگ در گیاهان شاهد مشاهده شد، در حالی که جذب سایر عناصر در گیاهان تیمار شده با قارچ مایکوریزایی نسبت به شاهد بیشتر بود (شکل ۱). در پژوهش‌های گذشته مشخص شده است که قارچ مایکوریزا می‌تواند جذب عناصر به نسبت غیر متحرک همچون Mn و Fe را افزایش دهد (Kothari *et al*., 1990; Ortas & Akpinar, 2006) که با نتایج به‌دست‌آمده در این آزمایش همسو است (شکل ۱).



شکل ۱. مقایسه میانگین اثر دو گونه مایکوریزا بر میزان عناصر جذب شده در برگ‌های *Sinningia speciosa*.

Figure 1. Mean comparison effect of two mycorrhizal species on nutrient absorbed in leaves of *Sinningia speciosa*. GI8: Glomus intraradices 8%, GI16: Glomus intraradices 16%, GH8: Glomus hoei 8%, GH16: Glomus hoei 16%.

گیاهان تیمار یافته با GI8 جذب کمتری در عناصر به‌ویژه در Fe نشان داد که می‌تواند به‌دلیل میزان کلونیزاسیون کمتر در مقایسه با سایر گیاهان همزیست شده باشد (Raju *et al*., 1990). در این پژوهش بر خلاف سایر عناصری که جذب آن‌ها در گیاهان همزیست با مایکوریزا بیشتر بود، جذب Mg در گیاهان شاهد بیشتر بود و در گیاهان همزیست با مایکوریزا با کمبود (و علائم کمبود) Mg همراه بود.

به احتمال کمبود در گیاهان کلون شده مربوط به جذب زیاد K است. Liu *et al*. (2012) گزارش کردند که ناسازگاری K و Mg رقابت یونی در همزیستی مایکوریزایی مشاهده شده است. افزون بر این، در آزمایش دیگری روی سورگوم تلقیح یافته با *Glomus fasciculatum* جذب بالای K و پایین Ca و Mg، در گیاهان رشد یافته بدون افزودن P به بستر کاشت مشاهده شد (Raju *et al*., 1990). همچنین، Clark *et al*. (1999b) بیان داشتند جذب K در مقایسه با Ca و Mg به‌طور ویژه‌ای در قارچ مایکوریزای همزیست شده با Switch grass در pH ۴ خاک افزایش یافته بود که بیانگر اثر آنتاگونیستی K بر جذب Mg است.

بیشترین مقدار کلروفیل a در تیمار شاهد و کمترین آن در GI16 مشاهده شد. تفاوت معنی‌دار در میزان کلروفیل b و کاروتنوئید بین کلیه تیمارها دیده نشد. با افزایش میزان درصد حجمی قارچ مایکوریزا در

بستر گیاهان تیمار شده با GI16 و GH16، مقدار کلروفیل کل کاهش یافت و در غیاب همزیستی مایکوریزایی در تیمار شاهد بیشترین میزان کلروفیل کل مشاهده شد (جدول ۴). Mg قسمت مرکزی در کلروفیل را تشکیل می‌دهد که مسئول جذب نور است (Beale, 1999). در گذشته ثابت شده است که کمبود Mg می‌تواند موجب خسارت به کلروفیل a و b شود، اما این خسارت در آنها برابر نیست (Hermans *et al.*, 2004) که می‌تواند نتایج این پژوهش را تایید کند، زیرا کاهش میزان کل کلروفیل در برگ‌های مسن گیاهان تلقیح یافته به دلیل کمبود Mg مشاهده شد. گیاهان تلقیح نیافته با بیشترین میزان جذب Mg و بدون هیچ علائم کمبودی منجر به افزایش میزان کلروفیل کل شد (جدول ۴).

هیچ تاثیر معنی‌داری در قطر گل، تعداد گل، وزن تر اندام هوایی و ریشه مشاهده نشد (جدول ۴). تلقیح گیاهان با GH8 و GH16 منجر به کمترین وزن خشک اندام هوایی و GH8 منجر به کمترین میزان وزن خشک ریشه در مقایسه با گیاهان تلقیح نیافته شد. افزون بر این، تفاوت معنی‌داری در وزن تر غده مشاهده نشد، در حالی‌که وزن خشک غده در گیاهان شاهد به‌طور معنی‌دار نسبت سایر تیمارها بیشتر بود. بیشترین طول ریشه در گیاهان فاقد همزیستی با مایکوریزا مشاهده شد و این میزان در گیاهان رشد یافته با تیمار GI16 کاهش چشمگیری داشت. بیشترین حجم ریشه مربوط به گیاهان شاهد بود و کمترین حجم ریشه در گیاهان تلقیح شده با قارچ مایکوریزا مشاهده شد (جدول ۴). گیاهان شاهد بیشترین میانگین سطح برگ را داشتند در حالی‌که کمترین سطح برگ به ترتیب در GI16، GH8 و GH16 به دست آمد. بیشترین تعداد برگ در گیاهان تلقیح نیافته و GI8 و همچنین کمترین آن در GI16 مشاهده شد (جدول ۴).

هرچند که گیاهان تلقیح یافته مایکوریزایی به‌نسبت جذب عناصر بیشتری داشتند اما میزان وزن خشک کمتری نسبت به تیمار شاهد مشاهده شد. بر اساس یک مدل مفهومی در رابطه با عناصر معدنی و تولید زیست‌توده ارائه‌شده توسط James *et al.* (2005)، افزایش در غلظت عناصر غذایی بدون ایجاد تغییر در زیست توده به عنوان مصرف لوکس محسوب می‌شود. طبق گزارش Rooney *et al.* (2011) کلونیزاسیون قارچ مایکوریزا هیچ تاثیر مثبتی بر وزن خشک کل و تعداد برگ در قلمه‌های *Populous euroamericana* نداشت.

جدول ۴. مقایسه میانگین اثر دو گونه قارچ مایکوریزا (*Glomus hoei* و *Glomus intraradices*) بر میزان کلونیزاسیون و ویژگی‌های مورفولوژیکی و فیزیولوژیکی *Sinningia speciosa*

Table 4. Mean comparison effect of two species of mycorrhizal fungi (*Glomus hoei* and *Glomus intraradices*) on colonization rate and morphological and physiological traits of *Sinningia speciosa*.

Parameters	Treatments				
	GI8	GI16	GH8	GH16	Control
Colonization Rate (%)	50 ± 10 b*	75 ± 15 a	74 ± 15 a	81 ± 10 a	0 ± 0 c
Chlorophyll a (mg.g^{-1} FW)	0.129 ± 0.028 ac	0.094 ± 0.006 c	0.145 ± 0.013 ab	0.104 ± 0.014 bc	0.171 ± 0.043 a
Chlorophyll b (mg.g^{-1} FW)	0.072 ± 0.004 ns	0.060 ± 0.030 ns	0.056 ± 0.015 ns	0.059 ± 0.006 ns	0.083 ± 0.002 ns
Chlorophyll a (mg.g^{-1} FW)	0.199 ± 0.037 ab	0.159 ± 0.040 b	0.192 ± 0.039 ab	0.159 ± 0.23 b	0.252 ± 0.034 a
Carotenoid (mg.g^{-1} FW)	3.112 ± 0.384 ns	2.301 ± 0.826 ns	3.066 ± 0.127 ns	2.350 ± 0.171 ns	3.088 ± 0.519 ns
Leaf area (cm^2)	63.74 ± 0.22 ab	58.09 ± 11.39 b	56.79 ± 10.37 b	533.80 ± 6.10 b	71.90 ± 1.20 a
Flower diameter (cm)	7.26 ± 0.128 ns	7.55 ± 0.600 ns	7.08 ± 0.466 ns	7.06 ± 0.535 ns	7.41 ± 0.158 ns
Number of flowers	5 ± 1.0 ns	4.6 ± 2.8 ns	6.6 ± 1.1 ns	6.6 ± 1.6 ns	6.6 ± 1.6 ns
Number of leaves	14.6 ± 2.3 a	12.2 ± 2.3 ab	9.8 ± 2.7 ab	6.6 ± 0.5 b	14.6 ± 6.1 a
Shoot fresh weight (g)	55.50 ± 6.96 ns	51.93 ± 13.38 ns	44.40 ± 8.31 ns	49.37 ± 12.30 ns	59.02 ± 3.36 ns
Shoot dry weight (g)	7.032 ± 1.72 ab	5.946 ± 1.02 ab	4.450 ± 1.99 b	4.610 ± 1.47 b	9.716 ± 4.92 a
Root fresh weight (g)	1.64 ± 0.70 ab	1.48 ± 0.66 ab	1.29 ± 0.38 b	1.36 ± 0.53 ab	3.17 ± 1.88 a
Root dry weight (g)	0.630 ± 0.190 ns	0.526 ± 0.126 ns	0.432 ± 0.017 ns	0.652 ± 0.196 ns	0.728 ± 0.314 ns
Tuber fresh weight (g)	7.076 ± 4.08 ns	6.392 ± 4.07 ns	5.596 ± 2.37 ns	6.368 ± 3.16 ns	12.65 ± 6.83 ns
Tuber dry weight (g)	1.010 ± 0.62 b	0.874 ± 0.53 b	0.837 ± 0.44 b	0.710 ± 0.37 b	2.447 ± 1.64 a
Root length (cm)	16.28 ± 2.54 ab	17.24 ± 1.65 ab	16.62 ± 2.52 ab	14.10 ± 1.16 b	18.90 ± 0.68 a
Root volume (ml)	13.00 ± 0.70 b	11.60 ± 4.82 b	9.40 ± 0.89 b	10.20 ± 2.77 b	23.80 ± 8.01 a

* در هر ستون میانگین‌های با حداقل یک حرف مشترک، تفاوت معنی‌داری در سطح احتمال ۵ درصد ندارند.

In each column, means with similar letters are not significantly difference at 5% probability level.

GI8: Glomus intraradices 8%, GI16: Glomus intraradices 16%, GH8: Glomus hoei 8%, GH16: Glomus hoei 16%.

همانطور که در گذشته به اثبات رسیده است، همزیستی با قارچ مایکوریزا بسته به ترکیب گیاه میزبان-قارچ و شرایط مورد استفاده در آزمایش تاثیر مثبت، خنثی و یا منفی بر زیست توده گیاهی دارد (Grace *et al*., 2009; Johnson *et al*., 1997). از نظر ما کاهش در زیست توده به‌طور عمده به دلیل کمبود Mg رخ داده است. ثابت شده است که کمبود Mg تاثیر منفی بر گسترش برگ، زیست توده اندام هوایی و ریشه دارد (Tewari *et al*., 2006; Hermans & Verbruggen, 2005; Hermans *et al*., 2004).

منیزیم نقش اساسی در فرآیند فتوسنتز و متابولیسم کربوهیدرات دارد. در گیاهان دارای کمبود Mg جذب CO_2 کاسته شده و تثبیت CO_2 کاهش می‌یابد، بنابراین کربوهیدرات‌های فتوسنتزی در گیاهان دارای کمبود Mg کاهش می‌یابد (Terry & Ulrich, 1974). از سوی دیگر، گیاهان همزیست، ۲۰ تا ۲۵ درصد کربوهیدرات‌های فتوسنتزی خود را به همزیست‌های خود (قارچ مایکوریزا) می‌دهند (López *et al*., 2008). با وجود کاهش میزان فتوسنتز و تولید کربوهیدرات در پی کمبود Mg در گیاهان تلقیح یافته، سهم کربوهیدارات گیاهان نسبت به تیمار شاهد بسیار کاهش یافته (و به قارچ همزیست اختصاص یافته) و در نتیجه شاخص‌های رشد همچون تعداد برگ، سطح برگ و زیست توده در گیاهان کلون شده کاهش می‌یابد. از این گذشته، کمبود Mg بر تثبیت CO_2 و در نتیجه رشد ریشه تاثیر منفی دارد (Ericsson & Kähr, 1995).

نتیجه‌گیری کلی

همزیستی موفق گیاهان با قارچ مایکوریزا تحت تاثیر عوامل متعددی همچون گیاه میزبان، قارچ مایکوریزا و عوامل محیطی قرار می‌گیرد. به‌رغم اثر مثبت *Glomus hoei* و *Glomus intraradices* بر جذب عناصر، هیچ بهبودی در شاخص‌های رشد ملاحظه نشد. فسفر جذب پتاسیم را از طریق رابطه سینرژیستی میان این دو عنصر القا نمود و به دلیل وجود یک رابطه آنتاگونیسمی بین پتاسیم و منیزیم، افزایش در جذب پتاسیم کمبود منیزیم را تحریک کرد که در نهایت منجر به بروز علائم کمبود منیزیم، کلروز و کاهش شدید در میزان کلروفیل گردید و موجب کاهش فتوسنتز گیاه، کاهش رشد، نمو و فعالیت‌های فیزیولوژی وابسته به منیزیم شد و از کیفیت و مرغوبیت گیاه گلوکسینیای تولید شده کاست و امکان عرضه به بازار و بازارپسندی آن را کاهش داد. بنابراین، می‌توان نتیجه گرفت که در شرایط این آزمایش، *G. hoei* و *G. intraradices* نتوانستند با *Sinningia speciosa* یک همزیستی موفقیت‌آمیز تشکیل دهند.

REFERENCES

1. Asmah, A. E. (1995). Effect of phosphorous source and rate of application on VAM fungal infection and growth of maize (*Zea mays* L.). *Mycorrhiza*, 5, 223-228.
2. Bansal, S. & Kapoor, K. K. (2000). Vermicomposting of crop residues and catch drug with *Eisenia foetida*. *Bioresource Technology*, 73, 95-98.
3. Baslam, M., Garmendia, I. & Goicoechea, N. (2013). The arbuscular mycorrhizal symbiosis can overcome reductions in yield and nutritional quality in greenhouse-lettuces cultivated at inappropriate growing seasons. *Scientia Horticulturae*, 164, 145-154.
4. Baum, C., El-Tohamy, W. & Gruda, N. (2015). Increasing the productivity and product quality of vegetable crops using arbuscular mycorrhizal fungi: a review. *Scienta Horticulturae*, 187, 131-141.
5. Beale, S. I. (1999). Enzymes of chlorophyll biosynthesis. *Photosynthesis Research*, 60, 43-73.
6. Bowles, T. M., Barrios-Masias, F. H., Carlisle, E. A., Cavagnaro, T. R. & Jackson, L. E. (2016). Effects of arbuscular mycorrhiza on tomato yield, nutrient uptake, water relations, and soil carbon dynamics under deficit irrigation in field conditions. *Science of Total Environment*, 566, 1223-1234.
7. Cardoso, I. M. & Kuyper, T. W. (2006). Mycorrhizas and tropical soil fertility. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 116, 72-84.
8. Clark, R. B., Zobel, R. W. & Zeto, S. K. (1999). Effects of mycorrhizal fungus isolate on mineral acquisition by *Panicum virgatum* in acidic soil. *Mycorrhiza*, 9, 167-176.

9. Chatzistathis, T., Orfanoudakis, M., Alifragis, D. & Therios, I. (2013). Colonization of Greek olive cultivars' root system by arbuscular mycorrhiza fungus: root morphology, growth, and mineral nutrition of olive plants. *Scientia Agricola*, 70, 185-194.
10. Dole, J. M. & Wilkins, H. F. (2005). *Floriculture: Principles and species* (2nd ed.). Pearson/Prentice Hall. New Jersey.
11. Ericsson, T. & Kähr, M. (1995). Growth and nutrition of birch seedlings at varied relative addition rates of magnesium. *Tree Physiology*, 15, 85-93
12. Evelin, H., Kapoor, R. & Giri, B. (2009). Arbuscular mycorrihizal fungi in alleviation of salt stress: a review. *Annals of Botany*, 104, 1263-1280.
13. Farrokhvand, I., Reezi, S., Barzegar, R. & Fattahi, M. (2020). Effect of symbiosis of several mycorrhiza arbuscular fungi species on some quality and physiological indices of potted lisianthus flower (*Eustoma grandiflorum* 'Matador Blue'). *Iranian Journal of Horticultural Science*, 50 (4), 815-824. (In Farsi).
14. Gholamhoseini, M., Ghalavand, A., Dolatabadian, A., Jamshidi, E. & Khodaei-Joghan, A. (2013). Effects of arbuscular mycorrhizal inoculation on growth, yield, nutrient uptake and irrigation water productivity of sunflowers grown under drought stress. *Agricultural Water Management*, 117, 106-114
15. Giovannetti, M. & Mosse, B. (1980). An evaluation of techniques for measuring vesicular arbuscular mycorrhizal infection in roots. *New Phytologist*, 84, 489-500.
16. Giri, B., Kapoor, R. & Mukerji, K. G. (2007). Improved tolerance of *Acacia nilotica* to salt stress by arbuscular mycorrhiza, *Glomus fasciculatum*, may be partly related to elevated K^+/Na^+ ratios in root and shoot tissues. *Microbial Ecology*, 54, 753-760.
17. Goussous, S. J. & Mohammad, M. J. (2009). Comparative effect of two arbuscular mycorrhizae and N and P fertilizers on growth and nutrient uptake of onions. *International Journal of Agriculture and Biology*, 11 (4), 463-467.
18. Grace, E. J., Cotsaftis, O., Tester, M., Smith, F. A. & Smith, S. E. (2009). Arbuscular mycorrhizal inhibition of growth in barley can not be attributed to extent of colonization, fungal phosphorus uptake or effects on expression of plant phosphate transporter genes. *New Phytologist*, 181, 938-49.
19. Guhr, A., Borken, W., Spohn, M. & Matzner, E. (2015). Redistribution of soil water by a saprotrophic fungus enhances carbon mineralization. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 112, 14647-14651.
20. Hermans, C. & Verbruggen, N. (2005). Physiological characterization of Mg deficiency in *Arabidopsis thaliana*. *Journal of Experimental Botany*, 56 (418), 2153-2161.
21. Hermans, H., Johnson, G. N., Strasser, R. J. & Verbruggen, N. (2004). Physiological characterization of magnesium deficiency in sugar beet: acclimation to low magnesium differentially affects photosystems I and II. *Planta*, 220, 344-355.
22. Hodge, A., Campbell, C. D. & Fitter, A. H. (2001). An arbuscular mycorrhizal fungus accelerates decomposition and acquires nitrogen directly from organic material. *Nature*, 413, 297-299.
23. James, J. J., Tiller, R. L. & Richards, J. H. (2005). Multiple resources limit plant growth and function in a saline-alkaline desert community. *Journal of Ecology*, 93, 113-126.
24. Janowska, B., Rybus-Zając, M., Horojdko, M., Andrzejak, R. & Siejak, D. (2016). The effect of mycorrhization on the growth, flowering, content of chloroplast pigments, saccharides and protein in the leaves of Sinningia Speciosa (Lodd.) Hiern. *Acta Agrophysica*, 23 (2), 213–223.
25. Johnson, N. C., Graham J. H. & Smith, F. A. (1997). Functioning of mycorrhizal associations along the mutualism-parasitism continuum. *New Phytologist*, 135, 575-86.
26. Kaldorf, M., Kuhn, A. J., Schroder, W. H., Hildebrandt, U. & Bothe, H. (1999). Selective element deposits in maize colonized by a heavy metal tolerance conferring arbuscular mycorrhizal fungus. *Journal of Plant Physiology*, 154, 718-728.
27. Keymer, A. & Gutjahr, C. (2018). Cross-kingdom lipid transfer in arbuscular mycorrhiza symbiosis and beyond. *Current Opinion Plant Biology*, 44, 137-144.
28. Kothari, S. K., Marschner, H. & Romheld, V. (1990). Direct and indirect effects of VA mycorrhizal fungi and rhizosphere micro-organisms on acquisition of mineral nutrients by maize (*Zea mays* L.) in a calcareous soil. *New Phytologist*, 116, 637-645.
29. Lanfranco, L., Fiorilli, V. & Gutjahr, C. (2018). Partner communication and role of nutrients in the arbuscular mycorrhizal symbiosis. *New Phytologist*, 220, 1031-1046.
30. Lehmann, A., Barto, E. K., Powell, J. R. & Rillig, M. C. (2012). Mycorrhizal responsiveness trends in annual crop plants and their wild relatives – a meta-analysis on studies from 1981 to 2010. *Plant and Soil*, 355, 231-250.
31. Lichtenthaler, H. K. & Welburn, A. R. (1983). Determination of total carotenoids and chlorophylls a and b of leaf extracts in different solvents. *Biochemical Society Transactions*, 11 (5), 591-592.

32. Liu, A., Hamal, C., Elmi, A., Costa, C., Ma, B. & Smith, D. L. (2002). Concentrations of K, Ca and Mg in maize colonized by arbuscular mycorrhizal fungi under field conditions. *Canadian Journal of Soil Science*, 82 (3), 271-278.
33. Liu, A. R., Chen, S. C., Chang, R., Liu, D. L., Chen, H. R., Ahammed, G. J., Lin, X. & He, C. (2014). Arbuscular mycorrhiza improve low temperature tolerance in cucumber via alterations in H_2O_2 accumulation and ATPase activity. *Journal of Plant Research*, 127, 775-785.
34. López, M. F., Dietz, S., Grunze, N., Bloschies, J., Weiss, M. & Nehls, U. (2008). The sugar porter gene family of *Laccaria bicolor*: function in ectomycorrhizal symbiosis and soil-growing hyphae. *New Phytologist*, 180, 365-378.
35. Marchner, H. & Dell, B. (1994). Nutrient uptake in mycorrhizal symbiosis. *Plant and Soil*, 159, 89-102.35.
36. Martín-Robles, N., Lehmann, A., Seco, E., Aroca, R., Rillig, M. C. & Milla, R. (2018). Impacts of domestication on the arbuscular mycorrhizal symbiosis of 27 crop species. *New Phytologist*, 218, 322-334.36.
37. Miransari, M., Bahrami, H.A., Rejali, F. & Malakouti, M. J. (2009). Using arbuscular mycorrhiza to reduce the stressful effects of soil compaction on wheat (*Triticum aestivum* L.) Growth. *Soil Biology and Biochemistry*, 40, 1197-1206.
38. Murphy, J. & Riley, J. P. (1962). A modified single solution method for the determination of phosphate in natural waters. *Analytica Chimica Acta*, 27, 31-36.
39. Olsson, P. A., Hammer, E. C., Pallon, J., van Aarle, I. M. & Wallander, H. (2011). Elemental composition in vesicles of an arbuscular mycorrhizal fungus, as revealed by PIXE analysis. *Fungal Biology*, 115, 643-648.
40. Olsson, P. A., Hammer, E. C., Wallander, H. & Pallon, J. (2008). Phosphorus availability influences elemental uptake in the mycorrhizal fungus *Glomus intraradices*, as revealed by particle-induced X-ray emission analysis. *Applied and Environmental Microbiology*, 74, 4144-4148.
41. Ortas, I. & Akpinar, C. (2006). Response of kidney bean to arbuscular mycorrhizal inoculation and mycorrhizal dependency in P and Zn deficient soils. *Acta Agriculturae Scandinavica, Section B - Soil and Plant Science*, 56, 101-109.
42. Pallon, J., Wallander, H., Hammer, E., Arteaga Marrero, N., Auzelyte, V., Elfman, M., Kristiansson, P., Nilsson, C., Olsson, PA. & Wegdén, M. (2007). Symbiotic fungi that are essential for plant nutrient uptake investigated with NMP. *Nuclear Instruments and Methods in Physics Research Section B*, 260, 149-152.
43. Perner, H., Schwarz, D., Bruns, C., Mäder, P. & George, E. (2007). Effect of arbuscular mycorrhizal colonization and two levels of compost supply on nutrient uptake and flowering of pelargonium plants. *Mycorrhiza*, 17, 469-474.
44. Phillips, D. M. & Hayman, D. S. (1970). Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society*, 55, 158-161.
45. Ponton, F., Piché. Y., Parent, S. & Caron. M. (1990). The use of vesicular arbuscular mycorrhizal in Boston fern production: I. Effects of peat-based mixes. *HortScience*, 25, 183-189.
46. Raju, P. S., Clark, R. B., Ellis, J. R. & Maranville, J. W. (1990). Effects of species of VA-mycorrhizal fungi on growth and mineral uptake of sorghum at different temperatures. *Plant and Soil*, 121, 165-170.
47. Rich, M. K., Nouri, E., Courty, P. E. & Reinhardt, D. (2017). Diet of arbuscular mycorrhizal fungi: bread and butter?. *Trends Plant Science*, 22, 652-660.
48. Rooney, D. C., Prosser, J. I., Bending, G. D., Baggs, E. M., Killham, K. & Hodge, A. (2011). Effect of arbuscular mycorrhizal colonization on the growth and phosphorus nutrition of *Populus euramericana* cv. Ghoy. *Biomass and Bioenergy*, 35 (11), 4605-4612.
49. Roth, R. & Paszkowski, U. (2017). *Plant carbon nourishment of arbuscular mycorrhizal fungi. Current Opinion in Plant Biology*, 39, 50-56.
50. Rozpadek, P., Rapala-Kozik, M., Wezowicz, K., Grandin, A., Karlsson, S. & Wazny, R. (2016). Arbuscular mycorrhiza improves yield and nutritional properties of onion (*Allium cepa*). *Plant Physiology and Biochemistry*, 107, 264-272.
51. Sawers, R. J., Svane, S. F., Quan, C., Grønlund, M., Wozniak, B. & Gebreselassie, M. N. (2017). Phosphorus acquisition efficiency in arbuscular mycorrhizal maize is correlated with the abundance of root-external hyphae and the accumulation of transcripts encoding PHT1 phosphate transporters. *New Phytologist*, 214, 632-643.
52. Sawers, R. J. H., Ramírez-Flores, M. R., Olalde-Portugal, V. & Paszkowski, U. (2018). The impact of domestication and crop improvement on arbuscular mycorrhizal symbiosis in cereals: insights from genetics and genomics. *New Phytologist*, 220, 1135-1140.

53. Shahbazi, Z., Salehi, A., Movahedi Dehnavi, M., Farajee, H. (2018). The effect of organic fertilizer and mycorrhizal fungus on morphological characteristics, shoot biomass and mucilage of borage (*Borago officinalis*). *Iranian Journal of Horticultural Science*, 50 (3), 561-570. (In Farsi).
54. Smith, S. E. & Gianinazzi-Pearson, V. (1988). Physiological interactions between symbionts in AM plants. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology*, 39, 221-244.
55. Stavros, D. V., Liz, J. S. & Robin, S. (2011). *Glomus intraradices* and *Gigaspora margarita* arbuscular mycorrhizal associations differentially affect nitrogen and potassium nutrition of *Plantago lanceolata* in a low fertility dune soil. *Plant and Soil*, 340, 481-490.
56. Subramanian, K., Santhanakrishnan, P. & Balasubramanian, P. (2006). Responses of field grown tomato plants to arbuscular mycorrhizal fungal colonization under varying intensities of drought stress. *Scientia Horticulturae*, 107, 245-253.
57. Terry, N. & Ulrich, A. (1974). Effects of magnesium deficiency on the photosynthesis and respiration of leaves of sugar beet. *Plant Physiology*, 54, 379-381.
58. Tewari, R. K, Kumar, P. & Sharma, P. N. (2006). Magnesium deficiency induced oxidative stress and antioxidant responses in mulberry plants. *Scientia Horticulturae*, 108, 7-14.
59. Wang, H., Parent, S., Gosselin, A. & Desjardins, Y. (1993). Vesicular-arbuscular mycorrhizal peat-based substrates enhance symbiosis establishment and growth of three micro propagated species. *Journal of American Society of Horticultural Science*, 118 (6), 896-901.
60. Watanabe, F. S. & Olsen, S. R. (1965). Test of an ascorbic acid method for determining phosphorus in water and NaHCO, extracts from soil. *Soil Science Society of American Proceedings*, 29, 677-678.
61. Worrich, A., Stryhanyuk, H., Musat, N., Konig, S., Banitz, T. & Centler, F. (2017). Mycelium-mediated transfer of water and nutrients stimulates bacterial activity in dry and oligotrophic environments. *Nature Communications*, 8, 15472.
62. Wu, Q. S. & Xia, R. X. (2006). Arbascular mycorrhiza fungi influence growth, osmotic adjustment and photosynthesis of citrus under well watered and water stress conditions. *Journal of Plant Production*, 8, 47-55.
63. Zhu, X. Q., Wang, C. Y., Chen, H. & Tang, M. (2014). Effects of arbuscular mycorrhizal fungi on photosynthesis, carbon content, and calorific value of black locust seedlings. *Photosynthetica*, 52, 247-252.